



Centro Universitário de Brasília
Faculdade de Ciências da Saúde

**O CONTROLE BIOLÓGICO
DO PERCEVEJO-DE-RENDA DA SERINGUEIRA**

ESTHER ANDRADE FREIRE DA SILVA

Brasília – 2002

Centro Universitário de Brasília
Faculdade de Ciências da Saúde
Licenciatura em Ciências Biológicas

**O CONTROLE BIOLÓGICO
DO PERCEVEJO-DE-RENDA DA SERINGUEIRA**

ESTHER ANDRADE FREIRE DA SILVA

Monografia apresentada à
Faculdade de Ciências da Saúde do
Centro Universitário de Brasília
como parte dos requisitos para a
obtenção do grau de Licenciado em
Ciências Biológicas.

Orientador: Dr. Roberto Teixeira Alves

Brasília – 2002

Ofereço este trabalho aos meus pais e à todas as pessoas que se dedicam em preservar o nosso meio ambiente.

AGRADECIMENTOS

Agradeço à minha mãe que, contribuiu com os meus estudos e sempre me incentivou na escolha da minha profissão.

Ao Marcos, que esteve ao meu lado em todos os momentos de dificuldade e pela sua paciência.

Ao meu orientador Dr. Roberto Teixeira Alves, pela dedicação e disposição em me transmitir seus conhecimentos, que foram essenciais para a realização deste trabalho.

Aos professores do UniCEUB pelos ensinamentos que contribuíram muito para minha formação profissional.

Obrigada aos amigos do Laboratório de Entomologia da Embrapa Cerrados, que me motivaram e me ajudaram na execução desta pesquisa.

Agradeço à minha família e principalmente à Deus, que me iluminou para seguir os caminhos certos na minha vida.

RESUMO

Grandes áreas no Brasil são utilizadas para seringais de cultivo. Nos seringais em formação e produção, o principal inseto praga é o percevejo-de-renda da seringueira, *Leptopharsa heveae* Drake & Poor. Os adultos e ninfas do *L. heveae* vivem em colônias, na face inferior das folhas de seringueiras, sugando a seiva e destruindo o parênquima foliar, causando danos na planta e, conseqüentemente, reduzindo a produção de látex. O controle químico desta praga, além de caro, coloca em risco os aplicadores e prejudica o meio ambiente. Em 1986, na Amazônia, o fungo *Sporothrix insectorum* foi constatado parasitando indivíduos do percevejo-de-renda da seringueira. Com isso, foram realizados estudos laboratoriais e de campo que determinaram a sua eficiência biológica (capacidade do inimigo natural para infectar e eliminar a praga). Os resultados obtidos de avaliações realizadas em seringais do país evidenciaram o elevado potencial do fungo *S. insectorum* no controle biológico do percevejo-de-renda em seringais de cultivo. O fungo, além de eficiente, pode ser multiplicado em substrato de arroz e facilmente aplicado no campo com pulverizadores convencionais. Neste trabalho tal eficiência pôde ser observada com um experimento de campo em um seringal, infestado com o percevejo-de-renda. O fungo *S. insectorum* foi produzido em laboratório e em seguida, aplicado em uma determinada área do seringal. Outra área foi pulverizada com inseticida químico e uma terceira área foi destinada à testemunha. Após 16 semanas de avaliações, observou-se a mortalidade de quase 100% da população do inseto praga, com praticamente todos os insetos infectados pelo fungo. Isso demonstra que além de eficiente e não prejudicar o meio ambiente, o bioinseticida se dispersa no campo controlando eficientemente o percevejo-de-renda.

Palavras-chave: bioinseticidas, fungo entomopatogênico, *Leptopharsa heveae*, pragas da seringueira, *Sporothrix insectorum*.

SUMÁRIO

1. Introdução	01
1.1. Histórico e importância da seringueira	01
1.2. Pragas e danos causados nos seringais	02
1.3. Métodos de controle de pragas	04
1.3.1. O controle químico do percevejo-de-renda	05
1.3.2. O controle biológico do percevejo-de-renda	06
1.4. Objetivos	08
2. Material e métodos	08
2.1. Produção do fungo	08
2.1.1. Multiplicação do fungo <i>S. insectorum</i> em meio de cultura artificial	08
2.1.2. Multiplicação do fungo <i>S. insectorum</i> em meio sólido (arroz)	09
2.1.3. Contagem do número de esporos por grama de arroz	10
2.1.4. Separação dos esporos do arroz e contagem do número de esporos puros (sem arroz)	10
2.1.5. Teste de germinação dos esporos do <i>S. insectorum</i>	11
2.2. Experimento de campo	11
2.2.1. Descrição da área experimental	11
2.2.2. Cálculos preliminares para o experimento de campo	13
2.2.3. Aplicações dos inseticidas biológico e químico e avaliações das populações de insetos	14
3. Resultados	15
4. Discussão	18
5. Conclusões	19
6. Referências bibliográficas	20

1. Introdução

1.1 Histórico e importância da seringueira

A seringueira, *Hevea brasiliensis*, é uma árvore nativa do Brasil, especificamente da floresta Amazônica. Pertence à família Euphorbiaceae e é a principal fonte de borracha natural produzida no mundo, sendo utilizada na confecção de pneus, materiais cirúrgicos, preservativos, solados de calçados, auto-peças, entre outros produtos (Oliveira & Gameiro 1999).

A importância da seringueira é devido à qualidade de sua borracha que combina elasticidade, plasticidade, resistência à fricção, impermeabilidade a líquidos e gases, bem como isolamento elétrico (Pereira *et al.* 2002a).

Segundo Pereira *et al.* (2002b), a borracha natural é obtida do látex, fluido retirado da casca da árvore de seringueira através de uma sequência de cortes denominada sangria. Uma árvore de seringueira pode chegar até 30 anos de vida útil e produzir cerca de 100 kg de látex, com uma média de 3,5 kg por ano.

A idéia de se cultivar a seringueira no Brasil surgiu em 1856. Com isso, a produção de borracha na Região Amazônica expandiu-se, gerando lucro e renda para o país. No final do século XIX a sua importância despertou o interesse dos europeus que, em suas expedições, procuravam novas espécies de plantas que pudessem servir como matéria-prima, remédios e ornamentação. Com o passar dos anos o seu cultivo atravessou fronteiras e, atualmente, o Sudeste Asiático é o maior produtor de borracha natural do mundo (Dean 1989).

Apesar de ser o centro de origem da *Hevea brasiliensis*, o Brasil continua sendo grande importador de borracha natural. Conforme dados do Ibama (1997), no ano de 1996, o Brasil atingiu a produção recorde de 51.052 toneladas de borracha e importou 94.087 toneladas para um consumo nacional de aproximadamente 145.130 toneladas.

A heveicultura é de grande interesse sócio-econômico e ambiental, pois além de possuir grande capacidade de reciclar o carbono e transformá-lo em látex e madeira, é também uma enorme fonte de mão-de-obra na operação de sangria, gerando, em média, 420 mil empregos por ano e movimentando cerca de US\$ 150 milhões/ano (Oliveira & Gameiro 1999).

1.2 Pragas e danos causados nos seringais

As tentativas do cultivo de seringueira na Região Norte do Brasil não foram bem sucedidas, principalmente devido à alta incidência de doenças nos seringais, favorecidas por condições de altas temperaturas e umidade relativa do ar. Com isso, a sua produção foi incrementada nas chamadas “áreas de escape”, em Estados das Regiões Centro-Oeste e Sudeste, onde as condições ambientais também são favoráveis ao seu desenvolvimento e desfavoráveis aos seus principais patógenos (Pereira *et al.* 2002b). Atualmente, no Brasil, existem 60 mil hectares de terras sendo cultivadas com seringais, nessas áreas de escape .

Grandes áreas foram utilizadas para a heveicultura em sistema de monocultura, facilitando o aparecimento de insetos e ácaros que se tornaram pragas, influenciando na fisiologia da planta e conseqüentemente reduzindo a produção do látex. As pragas dos seringais estão, geralmente, relacionadas às fases e estádios de desenvolvimento da cultura. Nos seringais em formação e produção, a principal praga é o percevejo-de-renda, *Leptopharsa heveae* Drake & Poor, que foi registrado pela primeira vez em 1935 em Boa Vista (RR) e Rio Tapajós (PA) pelo entomologista Charles H. T. Townsend, em folhas de seringueiras (Drake & Poor 1935).

Val (1994) descreve o *Leptopharsa heveae* como um inseto endêmico dos seringais nativos da Amazônia, que se dispersou para outras regiões do Brasil, provavelmente, através de mudas contaminadas que eram exportadas para todo o país.

O percevejo-de-renda da seringueira, também conhecido como mosca-de-renda, é um inseto da ordem Hemiptera e da família Tingidae. De acordo com Tanzini (1996), as fêmeas colocam, aproximadamente 2 ovos por dia sobre a superfície inferior das folhas da seringueira. A postura é feita, de preferência, próximas às nervuras primárias e secundárias; os ovos são inseridos longitudinalmente à superfície foliar, colocados isolados, mas próximos uns dos outros deixando o opérculo exposto sobre a superfície inferior da folha, a qual muitas vezes a fêmea protege com uma substância protetora.

O período de pré-oviposição é em torno de 4 dias. A fase ninfal possui 5 instares com uma duração média de 3 dias cada. Os adultos de *L. heveae* têm

aproximadamente 4,0 mm de comprimento e 1,40 mm de largura (Alves *et al.* 2002). A longevidade do inseto adulto em laboratório é de 20,5 dias à temperatura de $24 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$, e fotofase de 14 horas. Em campo, o inseto adulto pode viver, em média, 29,6 dias, à temperatura média de $23,1^{\circ}\text{C}$ e umidade relativa de 78% (Tanzini 1996).

Os adultos e ninfas de *L. heveae* vivem em colônias, na face inferior das folhas jovens e adultas de seringueiras (Figura 1), sugando a seiva e destruindo o parênquima foliar, causando problemas na produção de clorofila e no metabolismo da planta (Alves *et al.* 2002). De acordo com Rangel (2000), quando as folhas são atacadas intensamente, a face superior fica esbranquiçada e a face inferior apresenta inúmeras pontuações escuras e manchas amarronzadas.

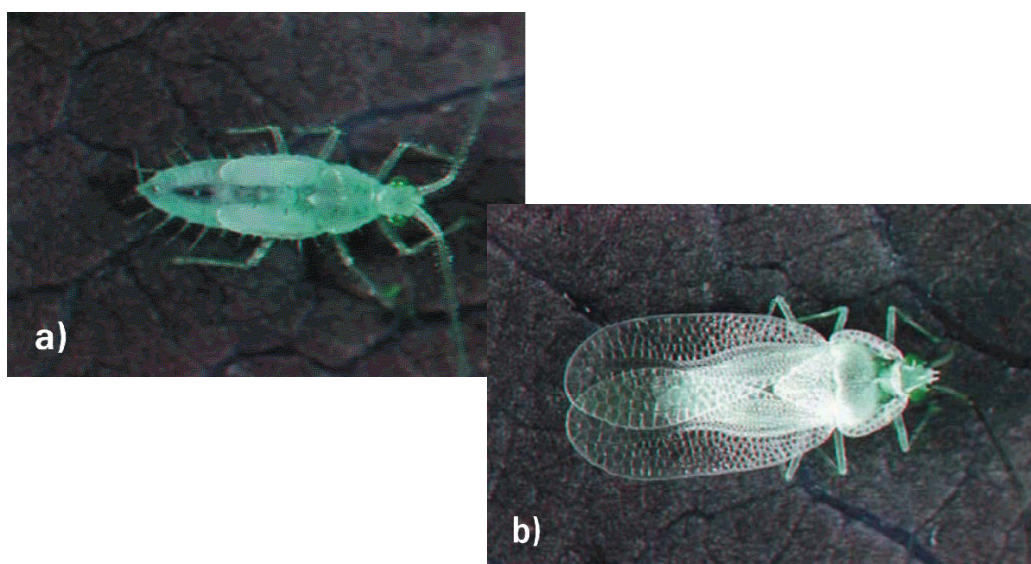


Figura 1. Ninfas (a) e adulto (b) do percevejo-de-renda seringueira. Fotos cedidas pelo Dr. Nilton T. V. Junqueira.

Os prejuízos causados pelo ataque do percevejo-de-renda foram calculados por Moreira (1985). Comparando-se o desenvolvimento de plantas infestadas com plantas não infestadas por *L. heveae*, o autor constatou uma redução em torno de 27,7% na altura da planta e uma redução de aproximadamente 43,5% no diâmetro, e conseqüentemente uma redução na produção do látex. Segundo Alves *et al.* (2002), os danos causados pelo percevejo-de-renda também podem abrir caminho para patógenos de plantas.

Geralmente a infestação por percevejo-de-renda inicia-se nos meses de setembro a outubro e se estende até o próximo mês de abril ou maio, época em que a seringueira inicia o processo de renovação foliar (Tanzini 1996).

Nas regiões onde a seringueira renova a folhagem no período mais seco e mais frio do ano, o percevejo provoca a queda anormal das folhas, forçando à planta a renovação da folhagem em períodos quentes e úmidos, favorecendo assim o ataque epidêmico de doenças que incidem somente em folhas jovens, como o mal-das-folhas causado pelo fungo *Microcyclus ulei* (Junqueira *et al.* 1999). Val (1994) constatou que, juntos, o percevejo-de-renda e o mal-das-folhas, acabaram com 3 milhões de árvores de seringueira plantadas pelo bilionário norte-americano Henry Ford em Belterra, na Amazônia, e com muitos outros seringais instalados na região até 1984 com financiamentos do Probor – Projeto de Incentivo à Borracha.

O monitoramento do nível populacional do inseto pode ser feito semanalmente após a senescência e quinzenalmente após o período das chuvas. Quanto aos níveis de infestação, considera-se baixo quando houver de 1 a 2 insetos/folíolo, médio com 3 a 4 insetos/folíolo e alto quando houver mais que 5 insetos/folíolo (Tanzini 1996).

1.3 Métodos de controle de pragas

De acordo com Gallo *et al.* (1978), quando os insetos começam a causar danos econômicos na agricultura é necessário por em prática meios de controle dos mesmos, com o intuito de evitar ou diminuir os prejuízos causados. De uma maneira geral, existem diversos meios de controle de pragas agrícolas, como o método legislativo (destruição de restos culturais, medidas quarentenárias, etc.), o cultural (rotação de cultura, épocas de plantio, etc.), o de resistência de plantas, o controle por comportamento, o controle químico e o método de controle biológico.

1.3.1 O controle químico do percevejo-de-renda

O método de controle de pragas mais utilizado é o controle químico, que consiste na aplicação de inseticidas direta ou indiretamente sobre o inseto, em concentrações adequadas, causando a morte do mesmo.

De acordo com trabalhos desenvolvidos por Tanzini (1996) nas Plantações E. Michelin (Itiquira, MT), o controle do percevejo-de-renda foi possível com a utilização de produtos químicos como o monocrotofós a 0,4 l/ha, que é considerado como inseticida sistêmico eficiente no controle de insetos sugadores, endosulfan a 0,8 l/ha e diafentuiran com 0,5 kg/ha, sendo que, a melhor eficiência no combate dos insetos adultos após 11 dias da aplicação foram obtidas com os dois primeiros produtos, e para as ninfas todos apresentaram efeito choque, ou seja, houve um forte impacto inicial depois a população se recuperou.

O controle químico do *L. heveae* tem oferecido resultados satisfatórios, mas o elevado número de pulverizações requeridas para o controle desta praga e o alto custo das pulverizações, tem induzido os produtores a abandonarem os seringais após o esgotamento dos mesmos (Junqueira *et al.* 1999).

Segundo Gallo *et al.* (1978), o uso generalizado do produto químico causa alguns problemas, às vezes, bastante graves, tornando o método não ideal para o controle de pragas. Como todo produto químico, é necessária uma certa dose de conhecimentos, por parte do produtor, em relação à praga e ao inseticida, além de oferecer grande perigo de intoxicação para quem o manuseia e para o meio ambiente, causando problemas de resíduos. Os agentes químicos perdem a eficiência alguns dias após a aplicação, exigindo uma reaplicação. Além disso, interferem em outras culturas, causam problemas como resistência de insetos aos mesmos e podem provocar um desequilíbrio ecológico favorecendo o aumento de outras pragas.

Não existem muitos estudos referentes ao controle químico do percevejo-de-renda da seringueira, entretanto, a Plantações E. Michelin Ltda tem testado diversos inseticidas para o seu controle (Rangel 2000).

1.3.2 O controle biológico do percevejo-de-renda

O controle biológico é uma ferramenta para ser utilizada no combate a diferentes insetos-pragas na agricultura. Tal método utiliza inimigos naturais, que são organismos que mantêm a população de insetos em equilíbrio, ou seja, abaixo do nível de dano econômico, evitando assim prejuízos ambientais (Alves *et al.* 2002).

O conhecimento da existência de inimigos naturais de insetos ocorreu por volta do século III com os chineses que utilizavam formigas predadoras contra insetos-pragas de citros. A partir de então, o controle biológico expandiu-se e, atualmente, mais de sessenta países utilizam esse método (Gallo *et al.* 1978). Dentre os inimigos naturais, os de grande potencial para o controle biológico são os insetos parasitos e os microrganismos como os vírus, bactérias e fungos (Alves 1987).

Alves (1986) relata que, o primeiro teste com fungos que infectam insetos, também chamados de fungos entomopatogênicos, foi realizado pelo russo Metschnikoff em 1879, onde aplicou o fungo *Metarhizium anisopliae* para o controle de larvas do besouro *Anisoplia austriaca*. Após esse trabalho, diversos outros foram realizados com o controle microbiano, sendo que muitos deles não tiveram sucesso devido às falhas de aplicação e à falta de conhecimentos básicos sobre os patógenos.

A possibilidade da utilização de fungos entomopatogênicos para o controle de insetos-pragas anima os heveicultores. Além da alta patogenicidade do fungo, tal método possui algumas vantagens, como a especificidade; a capacidade de multiplicação e dispersão no seringal; o controle mais duradouro; possibilidade de associação com outros métodos de controle; possibilidade de utilização das mesmas máquinas convencionais para aplicação de produtos químicos; não poluição do meio ambiente e o baixo risco de intoxicação para o homem e os animais (Alves *et al.* 1998). Cabe ressaltar que os fungos entomopatogênicos não são potencialmente prejudiciais ao homem e outros animais de sangue quente. Eles dificilmente conseguem desenvolver na faixa de temperatura dos diferentes mamíferos, que é de 34,5 a 44°C. Testes realizados com os principais fungos

entomopatogênicos com porcos, coelhos e ratos demonstraram que os animais não apresentaram anormalidades patológicas, clínicas ou histológicas (Alves 1986).

Por outro lado, o método de controle biológico possui algumas desvantagens. A especificidade, às vezes, pode não ser tão vantajosa, pois não permite que o produto tenha um largo espectro de ação; as aplicações precisam ser bem planejadas para serem eficientes; por se tratarem de organismos vivos, determinados patógenos necessitam de condições climáticas favoráveis e exigem maiores cuidados no seu armazenamento (Alves 1987).

O fungo *Sporothrix insectorum* (Hoog & Evans) é um parasita natural de adultos e ninfas do percevejo-de-renda da seringueira, *L. heveae*. Segundo Celestino Filho & Magalhães (1986), a primeira ocorrência do fungo *S. insectorum* foi registrada no Amazonas em 1986. O fungo foi encontrado na região controlando 93% das ninfas e 76% dos adultos do percevejo-de-renda. De acordo com Val (1994), o *S. insectorum* sobrevive nas folhas de seringueiras, no ambiente quente e úmido das florestas tropicais. Quando em contato com o inseto, os esporos do fungo aderem ao seu corpo, germinam sobre ele, penetram em seu organismo e absorvem os seus nutrientes provocando a sua morte. O inseto fica envolvido pelo fungo e fixado ao folíolo. Após a colonização do corpo do inseto, o fungo se reproduz e dissemina no ambiente. Os fungos levam no máximo 14 horas para germinar e entre cinco e sete dias para matar o inseto.

O fungo *S. insectorum* já vem sendo utilizado nos seringais do Cerrado. No ano de 1992/93, antes da introdução do fungo, a empresa Plantações E. Michelin gastou 45 mil dólares com inseticidas. Com o controle biológico, o custo caiu para 10 mil dólares e o nível da população de insetos não vem causando prejuízos econômicos (Val 1994).

1.4 Objetivos

Este trabalho foi elaborado com o objetivo de avaliar a eficiência do fungo *S. insectorum* no combate ao percevejo-de-renda da seringueira, *L. heveae*, em seringais de cultivo, e compará-lo com o controle químico, além de oferecer informações aos heveicultores sobre a biologia e morfologia do inseto, para um melhor entendimento do comportamento do mesmo, e para a obtenção de um controle eficiente sem ou com o mínimo de uso de agrotóxicos.

2. Material e Métodos

2.1. Produção do fungo

2.1.1 Multiplicação do fungo *S. insectorum* em meio de cultura artificial

Primeiramente foi preparado o meio de cultura artificial contendo BDA (batata, dextrose e agar) e antibiótico (estreptomicina). O meio contendo o antibiótico foi distribuído em placas de Petri. Após o resfriamento e total endurecimento do meio de cultura, as placas foram guardadas em sacos plásticos e armazenadas em geladeira a uma temperatura de 8°C, para utilização imediata ou posterior de no máximo sete dias.

O fungo *S. insectorum* utilizado no trabalho, proveniente de Manaus (AM) foi cedido pela micoteca do Laboratório de Entomologia do CPAC/EMBRAPA (Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados/Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária), Planaltina – DF. O fungo havia sido isolado diretamente do corpo do inseto infectado, *L. heveae*, para o meio de cultura artificial, conforme descrito por Junqueira *et al.* (1987).

Para aumentar a quantidade de inóculo (esporos do fungo) também utilizou-se do mesmo meio de cultura. Essas placas foram devidamente identificadas e, para um melhor desenvolvimento do fungo foram incubadas em câmara climática em uma temperatura controlada de 25°C por dez dias.

2.1.2. Multiplicação do fungo *S. insectorum* em meio sólido (arroz).

Após o desenvolvimento do fungo em meio de cultura artificial, iniciou-se a sua multiplicação em meio sólido, com o objetivo de se produzir uma quantidade maior de esporos. Com esta finalidade, foram utilizados 15 sacos plásticos de polipropileno com dimensão de 40 x 70cm. Em cada saco foram colocados 250 g de arroz branco e acrescentados 87,5 ml de água.

Utiliza-se arroz branco porque é um meio rico em carboidratos onde o fungo se desenvolve bem, é fácil de se trabalhar e apresenta um custo relativamente baixo no Brasil.

Cada saco teve o seu lado aberto dobrado para ser autoclavado durante 20 min a 125°C e 1,5 atm. Após a autoclavagem, os sacos plásticos foram transferidos para o módulo de fluxo laminar, conhecido comumente como capela, onde foram resfriados em condições assépticas.

Durante o resfriamento do arroz, foi preparada uma suspensão de esporos do fungo *S. insectorum*, em água autoclavada e 0,05% Tween 80 (espalhante adesivo). Para o preparo da suspensão foram selecionadas quatro placas de Petri, que estavam incubadas, onde o fungo apresentava um bom desenvolvimento. No interior da capela contendo todo o material esterilizado, as placas foram abertas. Os conídios foram removidos do meio de cultura artificial, com um pincel fino, e transferidos para um Becker de 500 ml contendo 400 ml de água autoclavada e 0,05% Tween 80. A suspensão foi agitada com o auxílio de um agitador magnético por aproximadamente 15 min.

Após o resfriamento do arroz, foi realizada a inoculação de 20 ml da suspensão do fungo com uma seringa esterilizada descartável em cada saco plástico com o arroz autoclavado. Misturou-se bem a suspensão inoculada no arroz para se obter a maior homogeneidade possível. Os 15 sacos foram vedados com uma seladora elétrica, deixando-se um volume de ar em seus interiores, para se obter uma aeração favorável ao desenvolvimento do fungo. Depois foram incubados em uma sala com temperatura de 25-27°C durante 11 dias para o

desenvolvimento do fungo sobre o arroz. Em seguida, os sacos plásticos foram abertos para a secagem do fungo durante 7 dias.

2.1.3. Contagem do número de esporos por grama de arroz

Para se obter o rendimento inicial da produção antes da secagem do arroz, através do número de esporos por grama de arroz, selecionou-se quatro sacos aleatoriamente (repetições do experimento). Em uma balança analítica foram pesados 10 gramas de arroz com fungo de cada repetição e transferidos individualmente para Beckers de 500 ml contendo 200 ml de água autoclavada e 0,05% Tween 80. As suspensões obtidas foram homogeneizadas em um agitador magnético por 15 min.

Para quantificar o número de esporos por grama de arroz, foi utilizado o método de contagem direta ao microscópio ótico, utilizando-se uma câmara de Neubauer. Para isto, 1 ml da suspensão foi colocado em 9 ml de água autoclavada e 0,05% Tween 80, para diluição e facilitação da contagem do número de esporos na referida câmara. A concentração média obtida foi de $1,24 \times 10^9$ esporos por grama de arroz.

2.1.4. Separação dos esporos do arroz e contagem do número de esporos puros (sem arroz)

Após sete dias de secagem, os esporos foram separados do arroz, através de uma peneira metálica de 300 μm (agitada manualmente), fechada com uma tampa e acoplada a um recipiente coletor de esporos. O tempo de peneiramento para cada 250 g de arroz com fungo foi de 10 min.

As quatro repetições foram peneiradas separadamente e seus esporos armazenados em recipientes plásticos devidamente identificados, em geladeira a uma temperatura de 8°C.

Para a contagem do número de esporos por grama de esporos puros, foi preparada uma suspensão contendo 100 ml de água autoclavada e 0,05% Tween 80 e 0,1 g de esporos puros provenientes do peneiramento. A suspensão foi

homogeneizada em um agitador magnético por 15 min, e 1 ml foi colocado em 9 ml de água com Tween para diluição e facilitação da contagem na câmara de Neubauer. A concentração média da contagem do número de esporos por grama de esporos puros foi de $6,98 \times 10^{10}$.

2.1.5. Teste de germinação dos esporos de *S. insectorum*

Após a obtenção dos esporos puros e secos, foi conferida a viabilidade dos mesmos. Colocou-se 0,2 ml da suspensão de esporos diluída para o processo de contagem, em placas de Petri contendo meio de cultura BDA. As placas foram incubadas por 24 horas em uma sala com temperatura de 25-27°C. Fez-se a leitura dos esporos germinados e dos não germinados com o auxílio de um microscópio ótico, com magnificação de 400 vezes. A germinação média das quatro repetições foi igual a 95,75%.

A importância de se repetir os processos de multiplicação, contagem de número de esporos por grama de arroz e por grama de esporos puros e teste de germinação, em pelo menos quatro repetições, é a de obter resultados mais representativos. Os dados obtidos até então, foram necessários para determinar a quantidade de gramas de esporos puros a ser utilizada na pulverização do experimento de campo.

2.2. Experimento de campo

2.2.1. Descrição da área experimental

Os trabalhos de produção, avaliação da qualidade do fungo *S. insectorum* (germinação e concentração) e o preparo da formulação a ser pulverizada no campo, foram realizados no Laboratório de Entomologia do Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados – EMBRAPA Cerrados. A área escolhida para testar a eficiência do fungo e do produto químico foi o seringal da EMBRAPA Cerrados (Figura 2), localizado na região de Planaltina, DF, com o clone RRIM 600 que é suscetível ao ataque do percevejo-de-renda da seringueira e também o mais

plantado nas chamadas “áreas de escape” por ser bastante produtivo. O experimento foi realizado no período de nov/2001 a fev/2002.



**Figura 2. Seringal da EMBRAPA Cerrados atacado pelo percevejo-de-renda.
Foto cedida pelo Dr. Roberto T. Alves.**

O seringal utilizado possuía três hectares com espaçamento de 2,5 metros entre plantas e 8 metros entre linhas, perfazendo um total de 384 plantas por hectare. O primeiro hectare foi destinado à área testemunha, o segundo hectare para a aplicação do inseticida químico e o terceiro para a aplicação do bioinseticida.

2.2.2. Cálculos preliminares para o experimento de campo

A pulverização foi realizada via terrestre utilizando-se de um pulverizador do tipo atomizador Super Jatão 600 acoplado a um trator Massey Ferguson modelo 265 (Figura 3). O volume de aplicação (l/ha) foi de 325 l/ha, dentro da faixa de 300 a 400 l/ha que normalmente é utilizada para formulações à base de água em seringais de cultivo.



Figura 3. Trator Massey Ferguson modelo 265 com um atomizador Super Jatão 600 acoplado, utilizado nas pulverizações do bioinseticida e do produto químico no seringal experimental. Foto cedida pelo Dr. Roberto T. Alves.

Primeiramente, a área foi pulverizada com água para se avaliar a qualidade da aplicação antes das pulverizações com o bioinseticida e com o produto químico. Tal pulverização verificou se o líquido pulverizado estava atingindo o alvo que era a face inferior das folhas, onde ficam localizadas as ninfas e os adultos do percevejo-de-renda da seringueira. A avaliação foi feita através da coleta de gotas em papéis sensíveis à água, que foram colocados nas partes inferior e mediana da copa de 30 árvores selecionadas aleatoriamente. As gotas coletadas nos papéis foram quantificadas (nº de gotas/cm²) através de contagem direta com o auxílio de um microscópio estereoscópico. O número mínimo desejável é de 20 gotas/cm² para aplicação de inseticidas químicos ou biológicos.

O número médio de gotas na parte inferior foi de 69,3 gotas/cm² e na parte mediana de 86,3 gotas/cm². A média geral foi igual a 77,8 gotas/cm² que representa uma boa qualidade de aplicação, pois esse valor é bem superior ao número mínimo desejável de 20 gotas/cm².

2.2.3. Aplicações dos inseticidas biológico e químico e avaliações das populações de insetos

A época mais adequada para a aplicação do fungo *S. insectorum* no campo é quando a infestação de *L. heveae* estiver entre 5 e 10 insetos por folha composta de 3 folíolos.

Um dia antes das pulverizações com o fungo e com o produto químico Nuvacron (organofosforado sistêmico com o princípio ativo monocrotofós), foi feita uma avaliação da população dos adultos e ninfas de *L. heveae* em plantas de seringueira do clone RRIM 600. A avaliação foi realizada em 90 árvores do referido clone, sendo 30 árvores (repetições) na área testemunha, 30 na área a ser pulverizada com o produto químico e 30 na área a ser pulverizada com o produto biológico. Em cada árvore retirou-se 2 folhas, com 3 folíolos cada, da parte inferior e 2 folhas da parte mediana para a avaliação da população de insetos.

O preparo das caldas a serem pulverizadas com a formulação de fungo e com o produto químico, foi realizado no mesmo dia da aplicação. Na formulação à base de fungo foi utilizada uma concentração de 1×10^{12} esporos puros misturados em 1000 ml de óleo adjuvante emulsionável e em 325 litros de água que foram aplicados em um hectare. A formulação do fungo em óleo adjuvante emulsionável é bastante eficiente, pois protege mais os esporos contra radiações ultravioletas (Alves *et al.* 1998), adere e espalha melhor os esporos no corpo do inseto (Alves *et al.* 2001) e também nas folhas da seringueira, além de poder ser transportada e armazenada em temperatura ambiente por até três meses sem perder a qualidade (Alves *et al.* 2002).

Para a aplicação do produto químico foram utilizados 500 ml de monocrotofós misturados em 325 l de água.

Após as pulverizações (Figura 4), foram feitas avaliações da população do *L. heveae* semanalmente, durante seis semanas seguidas, e uma avaliação um mês após a sexta avaliação, e uma última dois meses depois da sexta avaliação.



Figura 4. Momento da aplicação do fungo no seringal.

Foto cedida pelo Dr. Roberto T. Alves.

3. Resultados

A população de ninfas e adultos do percevejo-de-renda da seringueira antes das aplicações do bioinseticida e do inseticida químico, encontrava-se alta (semana 0). O nível de infestação no seringal estava acima de cinco insetos por folha composta por três folíolos (Figura 5).

Na área destinada à testemunha, a população do percevejo teve um aumento natural significativo da primeira até a terceira semana de avaliação. A partir de então, o nível da população começou a diminuir de 14,4 insetos por folha para 10,7 insetos por folha na sexta semana (Figura 5).

O nível de infestação na área destinada ao controle com o produto químico, encontrava-se com a média de 14,4 insetos por folha antes da pulverização. Uma semana após a aplicação do inseticida químico, a população do percevejo-de-renda reduziu drasticamente, chegando a 3,8 insetos por folha, sendo

considerada uma infestação média. No entanto, da segunda à sexta semana, pôde-se observar, na mesma área, que a população do inseto-praga aumentou para 9,5 insetos por folha (Figura 5).

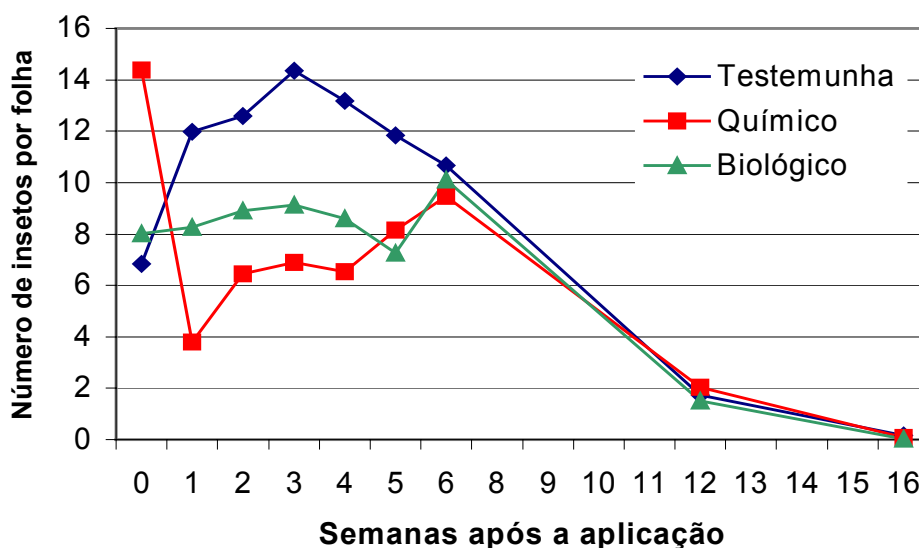


Figura 5. População do percevejo-de-renda da seringueira no experimento de campo no ano agrícola 2001/02, nos três tratamentos utilizados.

Na área destinada à aplicação do bioinseticida, mesmo após a aplicação do fungo *S. insectorum*, não houveram alterações significativas no nível da população da praga, mantendo-se entre 8,0 e 10,1 insetos por folha até a sexta semana de avaliação.

Pode-se também observar que, a população média do percevejo-de-renda na sexta semana após as aplicações, nas três áreas avaliadas, era de 10,1 insetos por folha.

Doze semanas após as aplicações (um mês após a sexta avaliação), foi observado que em todas as áreas avaliadas a população da praga diminuiu drasticamente, de 10,1 para 1,7 insetos por folha. Nas três áreas foi observado, na face inferior dos folíolos, ninfas e adultos do percevejo parasitados pelo fungo *S. insectorum* (Figuras 6 e 7). Dezesseis semanas após as aplicações (dois meses depois da sexta avaliação), obteve-se uma mortalidade de quase 100% do percevejo-de-renda da seringueira, parasitados pelo fungo, em todo o seringal.



Figura 6. Ninfas do percevejo-de-renda da seringueira contaminadas com o fungo *Sporothrix insectorum*. Foto cedida pelo Dr. Nilton T. V. Junqueira.



Figura 7. Adulto do percevejo-de-renda da seringueira contaminadas com o fungo *Sporothrix insectorum*. Foto cedida pelo Dr. Nilton T. V. Junqueira.

4. Discussão

O controle biológico de pragas por fungos entomopatogênicos tem sido relatado por diversos autores (Tanzini 1996, Rangel 2000). No entanto, a eficiência de um entomoparasita no controle de uma praga é influenciada tanto por fatores bióticos como abióticos. Entre os fatores bióticos, Alves (1986), relata que, para que hajam epizootias naturais, é necessário que: (1) a população da praga esteja elevada para favorecer a disseminação do parasita na plantação; (2) haja uma dispersão do inseto contaminado na área; (3) o patógeno apresente uma alta virulência, alta capacidade de reprodução e capacidade de sobrevivência no ambiente.

Entre os fatores abióticos, a temperatura, umidade relativa do ar e a radiação solar no ambiente são os que mais influenciam na eficiência de um parasita no controle biológico de um inseto-praga qualquer.

O fungo *S. insectorum* pode colonizar ninfas e adultos do percevejo-de-renda da seringueira, isto é, em qualquer estágio de desenvolvimento da praga. Após a morte do inseto, esse fungo emite várias ramificações miceliais que fixam o inseto na superfície inferior do folíolo. Nas extremidades dessa ramificações miceliais, são desenvolvidos esporos aptos a infectarem outros indivíduos deste inseto que se encontrem pela superfície da folha.

Foi comprovado no presente trabalho, que a aplicação de *S. insectorum* pode reduzir a infestação do percevejo-de-renda em seringais de cultivo. No entanto, conforme observa-se na Figura 5, a ação da epizootia foi lenta inicialmente, comparada com a mortalidade imediata causada pelo produto químico. Porém, a partir da sexta semana após a aplicação do bioinseticida, a população da praga foi drasticamente reduzida pela ação do *S. insectorum*, chegando a eliminar quase 100% das ninfas e dos adultos. Tal fato também ocorreu na área pulverizada com o inseticida químico e na área testemunha. Com isso, evidencia-se a alta capacidade de disseminação deste entomopatógeno nos seringais de cultivo, caso que não ocorre com os inseticidas químicos. Alves (1986), descreve em seu livro que “...os patógenos possuem a capacidade de multiplicação e dispersão no ambiente através dos indivíduos da população...”

Observou-se que na área onde foi aplicado o inseticida químico, a população do percevejo-de-renda diminuiu bastante, no entanto, a população aumentou uma semana após a pulverização. Com isso, o produto químico teria que ser aplicado mais vezes para se combater a praga, caso o fungo não tivesse se espalhado em todo o seringal.

A eficiência do fungo *S. insectorum* no controle biológico do percevejo-de-renda da seringueira, também foi demonstrada por Junqueira (1992), em plantações de seringueira em São José do Rio Claro, MT. O autor relatou que, em todos os seringais onde foram aplicados o bioinseticida à base do fungo *S. insectorum*, isolado ou associado à uma ou duas aplicações de inseticidas químicos, constatou-se a presença de ninfas e adultos do percevejo-de-renda colonizados por este parasita.

A elevação do índice de parasitismo após a pulverização do *S. insectorum*, com a conseqüente redução da população do percevejo-de-renda no seringal, é uma indicação de que esse entomopatógeno possui um grande potencial para o controle biológico desta praga em larga escala.

No entanto, para melhorar ainda mais a eficiência do *S. insectorum* para o combate desta praga em seringais de cultivo, faz-se necessário mais estudos básicos sobre a interação do inseto-praga com o bioinseticida.

5. Conclusões

O controle biológico, através da pulverização do fungo *S. insectorum* no seringal de cultivo, foi eficiente que pôde ser demonstrado através do alto índice de mortalidade do percevejo-de-renda da seringueira.

O fungo *S. insectorum* disseminou-se por todo o seringal, inclusive na área que foi pulverizada com o produto químico monocrotofós e na área destinada à testemunha. Tal disseminação pode ter ocorrido através da migração do próprio inseto praga infectado pelo fungo, por outros animais como pássaros, pelo vento, pela chuva e pelo orvalho.

O maior índice de mortalidade desta praga pelo efeito do bioinseticida, ocorreu a partir da sexta semana após sua aplicação, onde pôde-se observar percevejos-de-renda infectados pelo fungo em todo o seringal.

A ação do produto químico é imediata, porém faz-se necessário outras aplicações, aumentando assim o custo no controle da praga, conseqüentemente poluindo mais o meio ambiente e aumentando o risco de intoxicações em seres humanos.

Atualmente, muitos países estão preocupados com a redução do uso de agrotóxicos na produção de alimentos. Essa tendência, encontrada principalmente entre os países produtores e exportadores de alimentos como o Brasil, tem motivos comerciais e ambientais. Em primeiro lugar, observa-se que os consumidores têm demonstrado grande preferência por alimentos produzidos sem, ou com o mínimo de, agrotóxicos. Paralelamente, percebe-se uma forte pressão internacional no sentido de se preservar o meio ambiente e, com isso, beneficiar a indústria turística em geral, relevante fonte de divisas para os países (Lisansky, 1997). Neste sentido, o controle biológico é uma importante ferramenta para ser utilizada no manejo integrado de diferentes insetos-pragas na agricultura, uma vez que utiliza inimigos naturais para manter a população da praga abaixo dos níveis de dano econômico, evitando, ao mesmo tempo, prejuízos ambientais.

6. Referências bibliográficas

ALVES, R.T. 1987. *Curso Básico de Defesa Sanitária Vegetal* – segmento: controle biológico. (s.l.:s.n.). Apostila elaborada para o “Curso básico de defesa sanitária vegetal” promovido pela EMBRAPA/Ministério da Agricultura.

ALVES, R.T.; BATEMAN, R.P.; PRIOR, C. & LEATHER, S.R. 1998. Effects of simulated solar radiation on conidial germination of *Metarhizium anisopliae* in different formulations. *Crop Protection*. United Kingdom. v 17. p.675-679.

ALVES, R.T.; BATEMAN, R.P.; PRIOR, C. & LEATHER, S.R. 2001. *Espalhamento e eficiência de uma formulação de fungo à base de óleo*

adjuvante emulsionável. Resumos do VII Simpósio de Controle Biológico. Poços de Caldas, Brasil. p. 229.

ALVES, R. T.; OLIVEIRA, M. A. S.; PEREIRA, A. V.; PEREIRA, E. B. C.; JUNQUEIRA, N. T. V.; ICUMA, I. M. 2002. *Controle biológico do percevejo-de-renda da seringueira*. Versão 15/03/2002. URL <http://www.clubedofazendeiro.com.br>

ALVES, S.B., 1986. *Controle Microbiano de Insetos*. Ed.Manole Ltda. São Paulo. 407 p.

BRASIL. IBAMA. 1997. Informações básicas sobre o perfil mercadológico da borracha natural sólida – Período: 1991-1º trimestre de 1997. COORB/DECOM/DIREN/IBAMA.

CELESTINO FILHO, P. & MAGALHÃES, F. E. L. 1986. *Ocorrência do fungo Sporothrix insectorum Hoog & Evans, parasitando a mosca-de-renda (Leptopharsa heveae Drake & Poor) em seringais de cultivo*. EMBRAPA/CNPDS. Manaus, AM. Pesquisa em andamento, 46. 2p.

DEAN, W. 1989. A luta pela borracha no Brasil: um estudo de história ecológica. *J. Invertebr. Pathol.* Nobel. São Paulo. v. 40. p. 107-117.

DRAKE, C. J.; POOR, M. E. 1935. A underscribed rubber tingitid from Brazil (Hemiptera). *J. Wash. Acad. Sci.* v. 25. p. 283-284.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D. 1978. *Manual de Entomologia Agrícola*. Ed. Agronômica Ceres Ltda. São Paulo. 531 p.

- JUNQUEIRA, N. T. V. 1992. *Relatório de viagem às plantações de seringueira de São José do Rio Claro, MT*. Período: 17-20 de março. EMBRAPA/CPAC. Planaltina, DF. 11 p.
- JUNQUEIRA, N. T. V.; LIMA, M. I. P. R.; MARTINS, M. A. M.; MAGALHÃES, F. E. L. 1987. *Isolamento e cultivo do fungo Sporothrix insectorum (Hoog & Evans), a ser utilizado para o controle da mosca-de-renda da seringueira*. EMBRAPA/CNSPD. Manaus, AM. Comunicado Técnico, 56. p. 1-4.
- JUNQUEIRA, N. T.V.; PINHEIRO, E.; ALVES, R.T.; CELESTINO FILHO, P.; PEREIRA, A. V.; OLIVEIRA, M.A.; FIALHO, J.F. & GASPAROTTO, L. 1999. *Controle biológico do percevejo-de-renda (Leptopharsa heveae Drake & Poor) em seringais de cultivo*. EMBRAPA Cerrados. Planaltina, DF. (Circular Técnica, 03). 30 p.
- LISANSKY, S. 1997. Microbial pesticides. In: *Proceedings of the Symposium Microbial Insecticides: Novelty or Necessity* (Editado por BCPC). The British Crop Protection Council. Farnham, Surrey. p. 3-10
- MOREIRA, I. P. S. 1985. *A Leptopharsa heveae (Drake & Poor) e seus danos às mudas de Hevea brasiliensis (Müell)*. Dissertação (Mestrado em Ciências em Engenharia Florestal). Universidade Estadual do Paraná. Curitiba, PR. 48 p.
- OLIVEIRA, R. O. & GAMEIRO, A. H. 1999. Desafios da heveicultura nacional. *Preços Agrícolas*. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP. v.153. p. 12-16.
- PEREIRA, A.V.; PEREIRA, E.B.C.; TIRABOSCHI, G.M.N.; JUNQUEIRA, N.T.V.; FIALHO, J. de F.; ALVES, R.T.; VANDERLEI, J.C.; BENESI, J.F.; SOUZA, E.A. de ; AZEVEDO, J.C. de ; REZENDE, W.R. de ; CUNHA,

A.G. da. 2002a. *Cultura da seringueira em Goiás*. Agenciarrural/FUNDATER. EMBRAPA Cerrados. Planaltina, DF. n.p.

PEREIRA, A.V.; PEREIRA, E.B.C.; FIALHO, J.F.; JUNQUEIRA, N.T.V. 2002b. *Escolha de área para plantio de seringueira no cerrado*. Guia Técnico do Produtor Rural. EMBRAPA Cerrados. Planaltina, DF. v. 28. 2p.

RANGEL, D. E. N. 2000. *Virulência de Aphanocladium album e Verticillium lecanii (Deuteromycotina: Hyphomycetes) para o percevejo-de-renda da seringueira Leptopharsa heveae (Hemiptera: Tingidae) e comportamento de V. lecanii em meio de cultura*. Dissertação (Mestrado em Microbiologia). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal, SP. 70p.

TANZINI, M. R. 1996. *Resistência de clones de seringueira (Hevea brasiliensis Müell Arg.) a Leptopharsa heveae Drake e Poor, 1935 (Hemiptera) e sua biologia*. Dissertação (Mestrado em Entomologia). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal, SP. 138p.

VAL, A. J. do. 1994. Névoa Protetora: os fungos pulverizados nos seringais controlam a mosca-de-renda, uma praga nos cultivos do Mato Grosso. *Revista Globo Rural*. Rio de Janeiro. Março. p. 43-46.